

# Un Estudio de Caso en el Manejo del Virus del Síndrome de la Mancha Blanca en una Granja de Centroamérica

William A. Bray<sup>a,\*</sup>, Addison L. Lawrence<sup>a</sup>, William R. More<sup>b</sup>, Martin Perez-Velazquez<sup>c</sup>, Mayra L. González-Félix<sup>c</sup>

<sup>a</sup>Shrimp Mariculture Project, Texas Agricultural Experiment Station, Texas A&M University System, 1300 Port Street, Port Aransas, Texas 78373, USA.

Phone: (361) 749-4625, Fax: (361) 749-5756, E-mail: [braywa@aol.com](mailto:braywa@aol.com);

[lmciall@ispwest.com](mailto:lmciall@ispwest.com)

<sup>b</sup>More & More Consulting Services, Inc. 12815 72<sup>nd</sup> Avenue NE, Kirkland, WA 98034, USA.

<sup>c</sup>Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas, Universidad de Sonora, Rosales y Niños Héroe s/n, A.P. 1819 C.P. 83000, Hermosillo, Sonora, Mexico.

---

## Resumen

En una granja de cultivo intensivo de camarón en Panamá, Centroamérica, donde la supervivencia de *Litopenaeus vannamei* había sido reducida a menos de 10% a lo largo de varios ciclos de cultivo a causa del virus del síndrome de la mancha blanca (WSSV), principalmente, se utilizaron geomembranas de polietileno para la construcción de 18 estanques de maternidad de 0.04 ha y 18 estanques de engorda de 0.1 ha, los cuales fueron sembrados a tasas de 274-371 organismos/m<sup>2</sup> y 123-130 organismos/m<sup>2</sup>, respectivamente. Se emplearon técnicas para la exclusión de agentes patógenos y sus vectores potenciales en suelo, agua y aire. Se obtuvo una supervivencia promedio de 80%, utilizando sistemas de cultivo sin intercambio de agua y postlarvas provenientes de camarones reproductores silvestres, así como postlarvas provenientes de reproductores domesticados y libres de enfermedades, cuyas producciones promedio fueron de 11,086 kg/ha y 13,241 kg/ha, respectivamente. En estanques de tierra sembrados de forma concurrente en la misma granja, la supervivencia promedio fue de sólo 8.7%. El manejo de granjas de camarón en áreas infectadas con WSSV es tratado en el presente trabajo. Los alentadores resultados obtenidos en estos ensayos se discuten en el contexto de información reciente con respecto a la transmisión de WSSV, la identificación de sus vectores y reservorios potenciales.

Running title: virus del síndrome de la mancha blanca, *Litopenaeus vannamei*

---

## I- Introducción

Actualmente el virus del síndrome de la mancha blanca (WSSV, por sus siglas en inglés) se reconoce como el agente patógeno que afecta más severamente los cultivos de camarón a nivel mundial (Thakur, Corsin, Turnbull, Shankar, Hao, Padiyar, Madhusudhan, Morgan & Mohan 2002) y también es considerado como uno de los cuatro virus más importantes en cuanto a sus efectos pasados, presentes y potenciales sobre la industria de la

camaronicultura (Lightner 2001). El WSSV es un virus de ADN, con envoltura, en forma de bacilo (Lo, Peng & Kou 1998), que apareció en el sureste de Asia en 1992, diseminándose rápidamente a las granjas de camarón en la India y el Indopacífico (Durand, Tang & Lightner 2000) y causando pérdidas económicas devastadoras. En la India, las pérdidas ascendieron a \$400-500 millones de dólares americanos de 1996 a 1999, contribuyendo al colapso de la industria en este país, así como en China, Japón, Taiwán, y hasta cierto punto en Filipinas y Tailandia (Nair 2000). En 1993, China reportó pérdidas por un billón de dólares por causa de WSSV, en tanto que Tailandia perdió \$500 millones en 1996 (Jory & Dixon 1999). En Bangladesh la producción disminuyó en 44% en 1996 debido a la misma causa (Mazid & Banu 2002). En los años 1999 y 2000 sus efectos se hicieron patentes en el hemisferio occidental, particularmente en Ecuador, el mayor productor en ese momento, cuya producción disminuyó a tan solo 20% de lo usualmente obtenido antes de 1999. En países de Centroamérica, tales como Panamá, WSSV ha afectado la industria en forma similar.

Pérdidas catastróficas en la producción en el sureste de Asia debidas a WSSV y a otros virus han obligado a varios países a importar linajes domésticos de camarón libres de enfermedades de *L. vannamei*, desarrollados por el Programa de Cultivo de Camarón Marino de EUA, con el fin de contar con postlarvas saludables para la siembra de estanques y así revivir la industria. Se ha estimado que 71% del camarón producido en China (300,000 toneladas) y 40% del camarón producido en Tailandia (120,000 toneladas) en 2003 correspondió a *L. vannamei* (Briggs & Funge-Smith 2003).

El camarón tigre gigante *Penaeus monodon* y *L. vannamei*, las especies más cultivada en Asia y América, respectivamente, son altamente susceptibles a la infección por WSSV, así como también lo son otras especies de menor importancia comercial, e.g., *Marsupenaeus japonicus*, *Fenneropenaeus indicus*, *Fenneropenaeus merguensis* y *L. setiferus*. De hecho, no se conoce acerca de alguna especie de camarón peneido que no sea susceptible a esta

enfermedad. El patron de manifestación de la enfermedad en los estanques de cultivo es como sigue: después de un período de latencia en las postlarvas y unas cuantas semanas después de iniciado el cultivo, los síntomas se caracterizan por letargo, seguido de la aparición tanto de organismos débiles como muertos unos pocos días después. A menudo aparece una coloración rojiza, con áreas circulares de color blanco de hasta varios mm de diámetro en el exoesqueleto. Las mortalidades masivas le siguen después de 1 a 3 días, pudiendo alcanzar 100%. Algunos eventos adicionales de mortalidad pueden ocurrir posteriormente. Lo anterior describe el transcurso habitual de la enfermedad, pero factores tales como la edad del organismo, la severidad de la infección y las condiciones de cultivo pueden causar una variación substancial del período de latencia y la expresión de la enfermedad.

En el presente estudio, el Proyecto de Maricultura de Camarón, Estación Experimental de Agricultura de Tejas, Universidad de Tejas A&M, colaboró con una granja comercial de camarón de 290 ha en Panamá, Centroamérica, para poner a prueba técnicas de exclusión de WSSV en áreas de cultivo afectadas por una pandemia severa. Se siguió una estrategia en la cual se modificaron varias prácticas de manejo y características físicas de las instalaciones durante la fase de engorda con el fin de excluir tantas fuentes potenciales de WSSV como fuera posible. La supervivencia promedio en la granja durante los tres ciclos anteriores al estudio había sido menor al 10%. La ruta de infección no estaba identificada, habiéndose sugerido muchos vectores posibles.

Se construyó un nuevo tipo de estanques y se establecieron nuevos protocolos con el fin de reducir o eliminar la diseminación de WSSV a través de vectores potenciales en: el fondo de los estanques, el agua de cultivo, el equipo, acarreados con el movimiento de empleados o acarreados por animales marinos capaces de ingresar por tierra tales como los cangrejos. Se utilizaron dos tipos de postlarvas para comparar tanto su susceptibilidad a la enfermedad como su desempeño. Los nuevos estanques se cubrieron con geomembranas de polietileno con el fin de evitar el contacto con organismos enfermos o vectores del bentos. Toda el

agua utilizada se filtró a través de una luz de malla de 25 micra para reducir el número y tamaño de organismos que pudieran ingresar a los estanques. Se construyeron cercas de poca altura alrededor del perímetro del área de cultivo para minimizar el ingreso de organismos capaces de ingresar por tierra como los cangrejos y se emplearon baños para desinfección de pies para los empleados que ingresaban al área de cultivo. Con el fin de comparar el desempeño del nuevo sistema de estanques, se colectaron datos de una muestra representativa compuesta por doce de los estanques de tierra que ya existían en la granja y se operaron concurrentemente.

## **II-Materiales y Métodos**

Se construyeron 18 estanques rectangulares de maternidad de cultivo intensivo (30 m x 12 m, 0.01 ha) con una profundidad promedio de 1.5 m, cubiertos con geomembranas de polietileno con un espesor de 30 mil. Se colocaron dos drenes centrales de PVC en cada estanque, uno de 12" de diámetro que se utilizó para la transferencia de camarones a los estanques de engorda y otro de 6" de diámetro, cuyo extremo superior se cubrió con malla (para evitar escape de organismos), que se utilizó para descargar ocasionalmente materia orgánica sedimentada. Se utilizó un sistema sin intercambio de agua, aunque hubo cierto aporte de agua dulce a causa de las lluvias. Se aplicó aireación y circulación de agua las 24 horas del día mediante el uso de aireadores, en número de 2 o 3 aireadores de 1.5 hp/estanque (Acqua & Co., Italy), los cuales aspiran aire y lo dirigen a una propela sumergida.

Los estanques de maternidad se sembraron a una tasa de 274-371 postlarvas/m<sup>2</sup>. Se suministró alimento balanceado con un contenido proteico de 45% (Nutricional Animal. S.A., Panama) en cuatro porciones al día. El crecimiento se determinó semanalmente muestreando de 30 a 50 individuos por estanque con el uso de atarrayas. Una mezcla de melaza se agregó diariamente como fuente adicional de carbono (substrato para bacterias).

## Origen de las Postlarvas

Se compararon dos fuentes diferentes de postlarvas: 1) postlarvas provenientes de reproductores domesticados y libres de enfermedades del Programa de Cultivo de Camarón Marino de EUA (PCCMEUA) sembradas en 6 estanques; y 2) postlarvas provenientes de camarones reproductores silvestres de la localidad y desovados en el laboratorio de la propia granja (Agromarina de Panama, Veracruz, Panama), siendo esta la fuente normal de postlarvas para esta empresa y las cuales se sembraron en 12 estanques. Ambos grupos se cultivaron hasta el estadio de postlarva 40 a 60 en canaletas de concreto localizadas en un área alejada de la granja, con el fin principal de confirmar la ausencia de infección por WSSV antes de ser sembrados en los estanques de maternidad.

Se construyeron también 18 estanques rectangulares de engorda para cultivo intensivo (31.6 m x 31.6 m, 0.01 ha) con una profundidad promedio de 1.5 m y una pendiente de 2.5%, cubiertos con el mismo tipo de geomembranas que los estanques de maternidad. Se colocaron dos drenes centrales de PVC de 12” de diámetro en cada estanque. Se utilizó un sistema sin intercambio de agua, aunque hubo cierto aporte de agua dulce a causa de las lluvias. Se aplicó aireación y circulación de agua las 24 horas del día mediante el uso de aireadores de paleta (Nan Rong, Inc., Taiwan), en número de 4 aireadores de 1 hp, o bien, 2 aireadores de 2 hp, los cuales se colocaron para producir un movimiento mínimo de agua de 0.3 pies cúbicos/segundo en una radio de 2 m.

Los estanques de engorda se sembraron por gravedad, drenando los estanques de maternidad. La tasa de siembra fue de 123-130/m<sup>2</sup>, asumiendo una supervivencia de 90% durante las 8 semanas de duración del cultivo. El alimento balanceado (35% proteína, Nutricional Animal, S.A., Panama) se distribuyó en cuatro porciones al día, colocando dos charolas de alimentación por estanque para ajustar la tasa de alimentación. Cuando ocurrieron proliferaciones de fitoplancton, se adicionó hidroxido de calcio con el fin de detener dichos eventos. Se adicionó carbonato de calcio periódicamente para mantener la

William A. Bray, Addison L. Lawrence, William R. More, Martin Perez-Velazquez, Mayra L. González-Félix. 2004. Un Estudio de 348  
Caso en el Manejo del Virus del Síndrome de la Mancha Blanca en una Granja de Centroamérica. In: Cruz Suárez, L.E., Ricque  
Marie, D., Nieto López, M.G., Villarreal, D., Scholz, U. y González, M. 2004. Avances en Nutrición Acuícola VII. Memorias del  
VII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. 16-19 Noviembre, 2004. Hermosillo, Sonora, México

alcalinidad del agua en 100-120 mg/l. El oxígeno disuelto se midió cada 2 horas y el pH dos veces al día. Se hicieron mediciones semanales de la salinidad, alcalinidad, fósforo, nitrógeno amoniacal, nitritos, nitratos, así como de la abundancia de zooplancton y fitoplancton. El crecimiento se determinó semanalmente muestreando de 50 a 100 individuos por estanque con el uso de atarrayas. Una mezcla de melaza se agregó diariamente como fuente adicional de carbono (substrato para bacterias). La cosecha se realizó por gravedad a través de los drenes centrales.

### **Fuente, Filtración y Recambio de agua**

Se bombeó agua de mar de un estuario que divide la granja en dos, localizado aproximadamente a 2 km del Golfo de Parita en el Océano Pacífico. Este estuario constituye la fuente de agua para los estanques de tierra convencionales de la granja. Para los estanques de cultivo intensivo, el agua de mar se filtró a través de un filtro presurizado con luz de malla de 25 micra y se almacenó en un reservorio temporal de 3,1000 m<sup>2</sup>, luego se bombeó a los estanques de cultivo con tres días de anticipación a la siembra.

Para la filtración de agua de mar en los estanques convencionales de tierra utilizó una luz de malla de 285 micra. En los estanques de cultivo intensivo no se adicionó agua después de su llenado.

### **Estanques de tierra**

La granja donde se llevó al cabo el estudio consiste de 920 ha de estanquería convencional, con dimensiones que varían de 2.7 a 20.2 ha, en los cuales se realiza el cultivo continuamente durante todo el año. Con el fin de comparar su desempeño con el de los nuevos estanques de cultivo intensivo, se registraron los datos provenientes de once estanques de tierra representativos, sembrados de forma concurrente. A pesar de que dichos estanques de tierra no pueden considerarse como verdaderos tratamientos control, ya que en ellos existieron diversas diferencias físicas y de manejo, a partir de ellos pudo obtenerse

información interesante. Dichos estanques se sembraron a una tasa de 2.7 a 4.3 organismos/m<sup>2</sup>, utilizando larvas de la misma cohorte proveniente de los camarones reproductores silvestres mencionados anteriormente. Se suministró alimento balanceado (20-25% proteína, Nutricional Animal, S.A., Panama) solamente en la mitad de los estanques de tierra.

### **Evaluación de enfermedades**

Los organismos fueron sometidos a pruebas de detección de WSSV; virus del síndrome de Taura; virus de la Necrosis Infecciosa Hipodérmica y Hematopoyética; y virus del síndrome de cabeza amarilla (estos tres últimos, por sus siglas en inglés, TSV, IHHNV y YHV, respectivamente) mediante histopatología, hidridización *in situ* (HIS) y PCR en el Laboratorio de Diagnóstico Médico Veterinario de Tejas, a cargo de la Dra. Patricia Varner. Se colectaron muestras aleatorias de camarón 2 y 4 semanas después de la siembra en todos los estanques de cultivo intensivo y en cuatro estanques de tierra durante la cosecha, las cuales se congelaron, o bien, se preservaron en solución Davidson o en etanol. El análisis de histopatología se realizó en camarones preservados en solución Davidson. Se aplicó hidridización *in situ* a cortes histológicos en los cuales se notaron cambios celulares o inclusiones sospechosas. Se utilizaron 30 pleópodos por estanque para originar muestras combinadas para análisis PCR. La detección de WSSV mediante PCR fue realizada bajo las modalidades de un solo paso (Kim, Kim, Sohn, Sim, Park, Heo, Lee, Lee, Jun & Jang 1998) y de procedimiento anidado (Lo, Ho, Peng, Chen, Hsu, Chiu, Chang, Liu, Su, Wang, & Kou 1996). Para la detección de IHHNV se utilizó el procedimiento de un solo paso con cebadores disponibles comercialmente (Diagzotics, Wilton, Connecticut, EUA). Para la detección de TSV y YHV se utilizaron procedimientos RT/PCR (Nunan, Poulos & Lightner 1998; Wongteerasupaya, Tongchuea, Boonsaeng, Panyim, Tassanakajon, Withyachumnarnkul & Flegel 1997).

### III-Resultados

#### Parámetros hidrológicos

Se registraron valores estables y moderados de los parámetros hidrológicos, como lo muestra la Tabla 1, la cual resume los datos de un estanque representativo a lo largo de los 120 días de cultivo. La salinidad promedio fue de 24.2 ppm, con un intervalo de variación de 21 a 30 ppm. El oxígeno disuelto promedio fue de 6.5 mg/l, el cual se mantuvo en valores altos las 24 horas debido a la aireación. Se observó cierta acumulación de nitratos al final del ciclo, pero permaneció debajo de 10 mg/l aún en la cosecha. Los conteos de fitoplancton variaron más que otros parámetros, con un promedio de 825,000 células/ml y un máximo de 2 millones de células/ml. Debido a que se agregó hidróxido de calcio para detener las proliferaciones de fitoplancton, los valores altos de estos conteos máximos fueron de corta duración.

Tabla 1. Resumen de los parámetros hidrológicos de un estanque representativo de cultivo intensivo (con geomembrana) a lo largo de 120 días de cultivo.

Parámetro	Promedio	± Desv. Estandard	Intervalo de variación
Salinidad (ppm)	24.2	3.42	21-30
PH	7.7	0.54	6.9-8.6
Oxígeno disuelto (ppm)	6.5	1.53	5.0-8.0
Fitoplancton (x 1,000)	825	517	250-2,058
Alcalinidad (mg/l)	109	13.2	80-120
Nitrógeno amoniacal (mg/l)	0.5	0.29	0-0.8
Nitritos (mg/l)	0.6	0.7	0-1.8
Nitratos(mg/l)	3.0	4.13	0-9.9
Fósforo (mg/l)	0.55	0.26	0.2-0.8

#### Estanques de Cultivo Intensivo con Geomembranas vs. Estanques de Tierra

Después de 101-125 días de cultivo los estanques de cultivo intensivo con geomembranas

William A. Bray, Addison L. Lawrence, William R. More, Martin Perez-Velazquez, Mayra L. González-Félix. 2004. Un Estudio de 351 Caso en el Manejo del Virus del Síndrome de la Mancha Blanca en una Granja de Centroamérica. In: Cruz Suárez, L.E., Ricque Marie, D., Nieto López, M.G., Villarreal, D., Scholz, U. y González, M. 2004. Avances en Nutrición Acuícola VII. Memorias del VII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. 16-19 Noviembre, 2004. Hermosillo, Sonora, México



fueron cosechados sin mostrar indicio alguno de infección por WSSV. La supervivencia promedio aquí fue de 80% y las producciones fueron de 13,241 kg/ha y de 11,086 kg/ha para estanques sembrados con postlarvas provenientes de reproductores domésticos libres de enfermedades y de reproductores silvestres, respectivamente (Tablas 2 y 3). Por el contrario, casi ningún camarón sobrevivió en los estanques de tierra, aun cuando fueron cosechados prematuramente debido a la ocurrencia de dos a tres eventos de mortalidades masivas.

Aunque en los estanques de cultivo intensivo con geomembranas no se observaron diferencias en la supervivencia entre aquellos sembrados con postlarvas originadas de reproductores domésticos y silvestres, se registraron diferencias en el crecimiento a lo largo de todo el ciclo de cultivo (Fig. 1). Debido a que se observó enanismo, característico de infección por IHNV, además de haberse detectado mediante PCR la presencia de este virus poco tiempo después de la siembra, dichas diferencias son en parte imputables a una infección no letal por IHNV. En promedio, la ganancia en peso fue 42.1% mayor en postlarvas originadas de reproductores domésticos vs. silvestres.

De forma concurrente al presente estudio, se hizo una observación en otros estanques de la granja que tiene implicaciones en relación a la transmisión de WSSV a través del fondo de los estanques. Como parte de las actividades realizadas entre cosechas y utilizando nueve estanques de tierra de 0.1 a 0.4 ha, sembrados a una tasa de 8 organismos/m<sup>2</sup> y durante al menos dos ciclos de cultivo consecutivos, en cuatro de ellos se escarbaron y retiraron varias pulgadas del fondo, mientras que en los otros cinco estanques el fondo fue secado únicamente. La supervivencia promedio fue de 78.5% (intervalo de variación de 52 a 100%) en los estanques donde se retiró el fondo y de 42.4% (intervalo de variación de 25 a 55%) en aquellos donde solamente se secó el fondo.

Tabla 2. Comparación de la producción total por estanque y origen de postlarvas en un estudio de exclusión de WSSV en una granja contaminada con este virus.

Origen de las postlarvas	Tipo de estanque	Tamaño	Número de estanques	Densidad de siembra	Días en cultivo	Producción (kg/ha)
--------------------------	------------------	--------	---------------------	---------------------	-----------------	--------------------

William A. Bray, Addison L. Lawrence, William R. More, Martin Perez-Velazquez, Mayra L. González-Félix. 2004. Un Estudio de Caso en el Manejo del Virus del Síndrome de la Mancha Blanca en una Granja de Centroamérica. In: Cruz Suárez, L.E., Ricque Marie, D., Nieto López, M.G., Villarreal, D., Scholz, U. y González, M. 2004. Avances en Nutrición Acuícola VII. Memorias del VII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. 16-19 Noviembre, 2004. Hermosillo, Sonora, México

De reproductores domesticados	Con geomembrana	0.1 ha	6	123/m <sup>2</sup>	101	13,241
De reproductores silvestres	Con geomembrana	0.1 ha	12	130/m <sup>2</sup>	125	11,086
De reproductores silvestres	De tierra	2.2 ha-20.2 ha	11	2.7-4.3/m <sup>2</sup>	59-83	24

Tabla 3. Supervivencia, peso individual en cosecha, peso ganado/semana, biomasa cosechada y FCA de camarones en un estudio de exclusión de WSSV en una granja contaminada con este virus.

Origen de las postlarvas	Tipo de estanque	Número de estanques	Peso ind. en cosecha (g)	Peso ganado/semana (g)	FCA	Biomasa cosechada kg/m <sup>2</sup>
De reproductores domesticados	Con geomembrana	6	11.8	0.81	1.63	1.32
De reproductores silvestres	Con geomembrana	12	10.2	0.57	1.88	1.11
De reproductores silvestres	De tierra	11	8.7	1.12	NA	0.0024

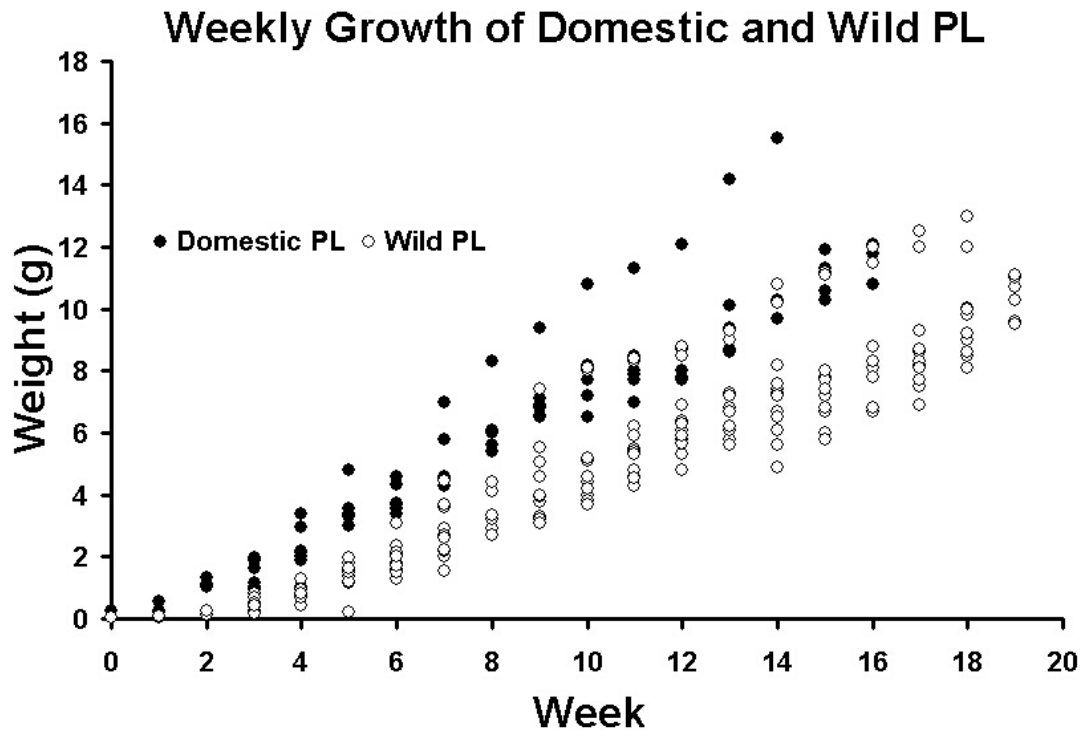


Figura 1. Crecimiento semanal para 12 estanques sembrados con postlarvas provenientes de reproductores silvêtres y para 6 estanques sembrados con postlarvas originadas a partir de reproductores domesticados en un estudio de exclusión de WSSV. En el estanque con organismos de origen doméstico donde se aprecia mayor crecimiento la supervivencia fue de solo 57%, en comparación con el promedio de 85% de los otros 5 estanques. De forma similar, en los dos estanques con organismos provenientes de reproductores silvêtres que muestran mayor crecimiento la supervivencia fue de solo 69%, comparada con 83% en los otros 10 estanques.

### Evaluación de enfermedades

La prueba de PCR se aplicó a cuatro muestras de camarón preservadas en etanol tomadas de estanques con camarones provenientes de reproductores domesticados y libres de enfermedades y a cuatro tomadas de estanques con camarones originados a partir de reproductores silvêtres. En el muestreo de la semana 2, todas las muestras de estos dos grupos fueron negativas a la prueba de detección de WSSV. Todas las muestras del primer grupo fueron negativas a la prueba de detección de IHHNV; sin embargo, todas las muestras del segundo grupo (silvêtres) fueron positivas a la detección de este virus.

En los muestreos de la semana 4, que consistieron de muestras combinadas de 30 animales por estanque, los organismos de todos los estanques fueron negativos a WSSV y TSV. Nuevamente, todos los organismos de origen doméstico fueron negativos a IHNV, mientras que todos los de origen silvestres fueron positivos. Finalmente, no se detectó NHP en ningún estanque.

Estos datos muestran que durante el primer mes, la infección presente en las áreas circundantes dentro de la granja no se había diseminado a los estanques de prueba de cultivo intensivo. Desafortunadamente, se obtuvieron pocas muestras para análisis para el resto del ciclo de cultivo (semanas 12 a 16), las cuales se tomaron de cuatro estanques con camarones provenientes de reproductores silvestres. En este caso, se extirparon para su análisis 19 diferentes muestras de tejido provenientes de 6 a 10 individuos por estanque (preservados en solución Davidson). Cuando se observaron anomalías, tales como núcleos eosinófilos en epitelio cuticular, pereiópodos, necrosis tubular en hepatopancreas o esferoides del órgano linfático, se aplicó la técnica de HIS. En estos cuatro estanques se detectó positivamente WSSV y IHNV por ambas técnicas (histológica y HIS). A pesar de estos resultados de detección, a 100-120 días de haber sido sembrados, el grado de infección por WSSV era aparentemente leve en estos estanques.

#### **IV-Conclusiones**

A pesar de que WSSV constituye un serio problema pandémico persistente en todo el mundo, es alentador concluir, a partir del presente estudio, que es posible cultivar camarón exitosamente, incluso a altas densidades, en una granja infectada con este virus. Es importante señalar que estos resultados fueron obtenidos utilizando postlarvas de origen doméstico libres de enfermedades, las cuales no habían sido aceptadas fácilmente en muchas áreas. La dramática diferencia de supervivencia promedio de 80% registrada a muy altas densidades de siembra en 18 estanques cubiertos con geomembrana, en comparación con el 8.7% obtenido en la granja circundante, nos da evidencia de que en su conjunto los

William A. Bray, Addison L. Lawrence, William R. More, Martín Pérez-Velázquez, Mayra L. González-Félix. 2004. Un estudio de 355  
Caso en el Manejo del Virus del Síndrome de la Mancha Blanca en una Granja de Centroamérica. In: Cruz Suárez, L.E., Ricque  
Marie, D., Nieto López, M.G., Villarreal, D., Scholz, U. y González, M. 2004. Avances en Nutrición Acuícola VII. Memorias del  
VII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. 16-19 Noviembre, 2004. Hermosillo, Sonora, México

cambios en el manejo de estanques, inclusión de un breve período de maternidad, uso de geomembranas, uso de postlarvas saludables, filtración de agua (25 micra), cercos anti-cangrejos, no recambio de agua, aireación y circulación de agua constante y en general buenas prácticas de manejo, fueron los factores determinantes para los buenos resultados obtenidos, aún en estanques donde la producción fue de más de 1.32 kg/m<sup>2</sup>. Esta combinación de factores claramente evitó o retardó la infección por WSSV proveniente de la granja circundante el tiempo suficiente para que se completara exitosamente el ciclo de cultivo. A pesar de que los datos del estatus de infección por WSSV en cosecha fueron muy limitados, al menos es posible concluir que en el transcurso de cuatro semanas de cultivo ningún estanque fue positivo a WSSV. Después de este tiempo y a partir de las muestras disponibles, se confirmó solo una leve infección por WSSV.

Es importante el tratar de elucidar cual o cuales de las medidas de exclusión de WSSV fueron determinantes para obtener cultivos exitosos. Aunque el presente estudio no fue diseñado para tal efecto, los resultados observados, así como la información discutida más adelante permiten hacer una serie de observaciones relevantes al respecto. En primer término, es evidente que la mejor forma de evitar la contaminación por virus en un sistema de cultivo es sembrar postlarvas libres de este patógeno. Tal fue el caso del presente estudio, donde además se utilizaron postlarvas provenientes de reproductores silvestres. Aunque estas últimas fueron positivas a IHNV, el crecimiento fue afectado pero no la supervivencia, lo cual concuerda con el patrón de infección en *L. vannamei*. Muchas granjas en el mundo no han aceptado con facilidad el uso de linajes de camarón doméstico, aún en áreas donde existen severos problemas de infección. Sin embargo, los resultados del presente estudio y otros más han confirmado las ventajas del uso de tales linajes. De forma simultánea al presente estudio y también utilizando postlarvas de origen doméstico del PCCMEUA, Grillo, Dugger y Jory (2000) obtuvieron altas supervivencias en áreas infectadas por WSSV en Panamá. Estos linajes de camarón también han sido utilizados recientemente con gran éxito en China, Tailandia y Taiwan en áreas infectadas por WSSV

(Liu, Chung & Su 2001; Briggs & Funge-Smith 2003).

Parece haber varias formas para excluir vectores de WSSV en agua marina, aunque se debe considerar que los diferentes vectores, así como la influencia de factores ambientales pueden resultar en diferentes rutas de infección. En el presente estudio, la filtración (25 micra) por sí sola, con un breve tiempo de residencia previo a la siembra (1-3 días), aparentemente fue adecuada. Alternativamente, Grillo et al. (2000) filtraron el agua de mar a través de una luz de malla de 100 micra para luego almacenarla por 19 días, tratarla con insecticida Neguvon a una concentración de 1 parte por millón, realizándose la siembra de postlarvas 10 días después. Esta secuencia de filtración/desinfección también fue exitosa, obteniéndose una cosecha de 0.49 kg/m<sup>2</sup> y una supervivencia de 74%. Aparentemente, WSSV no puede sobrevivir más que unos cuantos días en agua de mar fuera de un huésped. Flegel, Boonyaratpalin & Withyachumnarnkul (1997) reportaron una viabilidad de WSSV en agua de mar de tan solo 3-4 días, mientras que Maeda, Kasornchandra, Itami, Suzuki, Hennig, Kondo, Albaladejo & Takahashi (1998) concluyeron que WSSV no es infectivo para *P. monodon* and *M. japonicus* después de 5-7 días en agua de mar en concentraciones normales. Por su parte, Prior and Browdy (2000) encontraron que agua de mar que contenía camarones infectados por WSSV permaneció infectiva por solo 48 horas. En tanto que 3-7 días parece ser una buena estimación del período infectivo de WSSV fuera de un huésped en agua de mar y en condiciones normales de cultivo, dicho período en concentraciones extremadamente altas en condiciones de laboratorio puede ser mucho más prolongado: 50 días a 25 C (Momoyama, Hiraoka, Nakano & Sameshima 1998) y mayor de 60 días pero menor a 120 días a la misma temperatura (Maeda et al. 1998). Sin embargo, después de haber sido filtrada, un tiempo de residencia de 5 días del agua de mar parece ser suficiente para la inactivación de WSSV bajo condiciones de cultivo.

Es posible hacer algunas observaciones con respecto a la exclusión de vectores de WSSV en el fondo de los estanques. El uso de geomembranas en el presente estudio fue exitoso,

pero esta estrategia no es económicamente posible en muchas regiones, por lo cual sigue siendo importante el considerar el uso de estanques de tierra. Tal fue el caso de Grillo et al. (2000), quienes obtuvieron cultivos exitosos en estanques de tierra, pero es necesario considerar que dichos estanques eran nuevos y que por consiguiente el fondo nunca había sido expuesto a WSSV, sus vectores o agua contaminada con este virus. Es necesario estudiar el manejo del fondo de los estanques a través de más ensayos. En el caso de estanques previamente utilizados, es indispensable eliminar patógenos no deseados mínimamente mediante el secado de estanques entre ciclos de cultivo (lo cual a menudo no es posible) o tal vez más efectivamente mediante tratamientos químicos. De acuerdo a Maeda et al. (1998), WSSV es susceptible a varios tratamientos químicos: hipoclorito de sodio (para *M. japonicus*, 5 partes por millón por 10 minutos; para *P. monodon*, 10 partes por millón por 30 minutos); povidone-yodo (10 partes por millón por 30 minutos); y NaCl (12.5-15.0% por 24 horas). Boyd (2002) sugiere el uso de cal viva o hidratada (1-2 ton/ha) para eliminar patógenos del fondo de los estanques. El uso de insecticidas de vida corta después del llenado de estanques es común en Tailandia (Jory & Dixon 1999). La ozonización es otra alternativa para la desinfección de agua de mar.

### **Portadores Confirmados y Reservorios Potenciales de WSSV**

Se ha encontrado que muchas especies, la mayor parte artrópodos e incluyendo varias especies de crustáceos e insectos, son ya sea susceptibles a infección o portadores de WSSV, y por consiguiente, vectores potenciales o reservorios para su transmisión. La larga lista incluye varias de las especies de camarón con menor importancia comercial, cangrejos marinos y de agua dulce, langostas, camarones de agua dulce y acosiles. De forma significativa, se ha documentado la ocurrencia de WSSV en un Phylum completamente diferente: Rotifera. Yan, Dong, Huang, Yu, Feng & Liu (2004) detectaron huevos de resistencia de rotíferos infectados con WSSV colectados del fondo de estanques de camarón, así como también los rotíferos a los cuales dieron origen. La desinfección de los

huevos previo a la prueba de detección no impidió una reacción positiva. Los autores concluyeron que los huevos de resistencia de rotíferos pueden constituir un reservorio de WSSV durante el invierno en los estanques de camarón. Lo anterior puede ser muy significativo ya que ayudaría a explicar la aparente relación entre la infectividad del WSSV y el sustrato.

Las siguientes especies han resultado positivas en pruebas de detección de WSSV, ya sea en pruebas de transmisión en laboratorio o bien en organismos silvestres, muchas de las cuales experimentan alta mortalidad como resultado de la infección:

Camarones marinos (además de las especies comúnmente cultivadas y *Artemia spp.*): *Aristeus sp.* (Chakraborty, Otta, Joseph, Kumar, Shahadat, Hossain, Karunasagar, Venugopal & Karunasagar 2002); *Exopalaemon orientalis* (Chakraborty et al. 2002); *Heterocarpus sp.* (Chakraborty et al. 2002); *Palaemon styliferus* (Flegel, Fegan & Sriurairatana 1995); *Trachypenaeus curvirostris* (Quinitio and Primavera 1998); *Metapenaeus ensis* (Quinitio and Primavera 1998); *M. dobsoni* (Hossain, Chakraborty, Joseph, Otta, Karunasagar & Karunasagar 2001); Chakraborty et al. 2002); *M. elegans* (Chakraborty et al. 2002); *Metapenaeus spp.* (Shi, Huang, Zhang, Chen & Bonami 2000); *Exopalaemon orientalis* (Quinitio and Primavera 1998); *Parapenaepsis stylifera* (Hossain et al. 2001; Chakraborty et al. 2002); *Palaemon adspersus* (Corbel, Zuprizal, Shi, Huang, Sumartono, Arcier & Bonami 2001); *Solenacera indica* (Hossain et al. 2001); *Lysmata wurdemanni* (Laramore 2002).

Langostas:

*Panulirus. penicillatus* (Quinitio and Primavera 1998); *Panulirus versicolor* (Quinitio and Primavera 1998); *Panulirus spp.* (Chang, Chen & Wang 1998; Rajendran, Vijayan, Santiago & Krol 1999).

Kril:

*Acetes spp.* (Flegel et al.1995; Supamattaya, Hoffmann, Boonyaratpalin & Kanchanaphum 1998; Hao, Thuy, Loan, Phi, Phuoc, Duong, Corsin & Chanratchakool 1999).



Langostinos:

*Macrobrachium spp.* (Quinitio and Primavera 1998; Rajendran et al. 1999); *M. rosenbergii* (Prمود Kiran, Rajendran, Jung & Oh 2002; Hossain et al. 2001; Chakraborty et al. 2002; Sahul Hameed, Charles & Anilkumar 2000; Johnson and Bueno 2000); *M. idella* (Sahul Hameed et al. 2000); *M. lamerrae* (Sahul Hameed et al. 2000); *M. nipponense* (Johnson and Bueno 2000).

Acosiles y langostas de agua dulce:

*Cambarus clarkii* (Huang, Zhang, Zhang, Ziao, Wu, Chen & Li 2001); *Cherax quadricarinatus* (Shi, Huang, Zhang, Chen & Bonami 2000); *Procambarus clarkii* (Quinitio and Primavera 1998; Maeda, Itami, Mizuki, Tanaka, Yoshizu, Doi, Yasunaga-Aoki, Takahashi & Kawarabata 2000; Zhu & Lu 2001); *Procambarus clarkii* (Chang, Chen & Wang 1998); *Pacifastacus leniusculus* (Jiravanichpaisal, Bangyeekhun, Soederhaell & Soederhaell 2001); *Astacus leptodactylus* (Corbel et al. 2001).

Cangrejos:

*Calappa lophos* (Chakraborty et al. 2002); *Cancer paguru* (Corbel et al. 2001); *Charybdis annulata* (Hossain et al. 2001); *C. cruciata* (Hossain et al. 2001; Chakraborty et al. 2002); *C. granulata* (Quinitio and Primavera 1998); *C. feriatus* (Shi et al. 2000); *C. hoplites* (Chakraborty et al. 2002); *C. lucifera* (Chakraborty et al. 2002); *Gelasimus marionis* (Hossain et al. 2001); *Liocarcinus depurator* (Corbel et al. 2001); *L. Puber* (Corbel et al. 2001); *Macrophthalmus sulcatus* (Hossain et al. 2001); *Matuta planipes* (Chakraborty et al. 2002); *Menippe adina* (Soto, Shervette & Lotz 2001); *Metopograpsus messor* (Hossain et al. 2001); *Orconectes limosus* (Corbel et al. 2001); *Paratelphusa hydrodomus* (Sahul Hameed 2001); *P. pulvinata* (Sahul Hameed 2001); *Portunus pelagicus*, (Supamattaya et al. 1998; Shi et al. 2000; Chakraborty et al. 2002); *P. sanguinolentus* (Quinitio and Primavera 1998; Shi et al. 2000; Chakraborty et al. 2002); *Pseudograpsus intermedius* (Chakraborty et al. 2002). *Scylla serrata* (Kanchanaphum, Wongteerasupaya, Sitidilokratana, Boonsaeng, Panyim, Tassanakajon, Withyachumnarnkul & Flegel 1998; Vaseeharan, Jayakumar & Ramasamy 2003; Chakraborty et al. 2002; Shi et al. 2000; Supamattaya et al. 1998); *Scylla*

*spp. (four species)* (Rajendran et al. 1999); *Scyllarus arctus* (Corbel et al. 2001); *Sesarma pictum* (Chakraborty et al. 2002); *Sesarma sp.* (Kanchanaphum et al. 1998); *Uca pugilator* (Kanchanaphum et al. 1998).

Camarones mantis:

*Squilla mantis* (Vaseeharan et al. 2003; Hossain et al 2001); *Squilla sp.* (Chakraborty et al. 2002).

Insectos:

*Helice tridens* e insectos de la Familia Ephyridae (Lo, Ho, Chen, Liu, Chiu, Yeh, Peng, Hsu, Liu, Chang, Su, Wang & Kou 1997).

Copépodos:

Copépodos (no identificados a nivel de especies) (Chakraborty et al. 2002).

Rotíferos:

Rotíferos (no identificados a nivel de especies) (Yan et al. 2004).

Las implicaciones de esta larga lista son obvias: estas especies, así como muchas relacionadas con ellas, pueden ser vectores en áreas infectadas por WSSV. En nuestros ensayos el uso de geomembranas habría excluido reservorios del fondo de los estanques, tales como los rotíferos o los huevos o larvas de varios artrópodos. La filtración del agua actuaría como una barrera contra la mayoría de los artrópodos y sus huevos y larvas en este medio, en tanto que las cercas alrededor del perímetro de cultivo habrían bloqueado el acceso de cangrejos por tierra.

En muchas áreas del mundo la camaronicultura depende de la captura de reproductores silvestres para la producción de postlarvas, la presencia de WSSV se ha documentado no solo en los estanques de cultivo y los laboratorios de producción de postlarvas de donde se abastecen, sino también en las poblaciones silvestres de camarón de aguas adyacentes. Dichas áreas estarían en riesgo constante de reinfección tanto por transmisión vertical a partir de reproductores infectados como por recontaminación por diversas especies no cultivadas. En un muestreo de 1995-1996 de 88 camarones adultos en Taiwan, 67.5% de

los machos y 75% de las hembras resultaron positivos a la prueba de detección de WSSV (Lo et al. 1997). De forma similar, Peng, Lo, Lin, Chen, Chang, Liu, Su & Kou (2001) reportaron que de 51 camarones reproductores silvestres del sur de Taiwan en 1998-1999, 87% fueron positivos a WSSV después de la oviposición en laboratorio. Aunque existe una variación estacional en la incidencia de WSSV, con valores de detección positiva de hasta 100% de agosto a noviembre y de solo 25% de diciembre a febrero (Lo et al. 1997; Hao et al. 1999), es claro que algunas poblaciones silvestres están severa y crónicamente afectadas. Adicionalmente, en aguas costeras de Taiwan, se encontró que 60% de muestras de larvas bentónicas del cangrejo *Scylla serrata* estaban infectadas por WSSV (Chen, Lo, Chiu, Chang & Kou 2000). Existen numerosos reportes de infección por WSSV en granjas y laboratorios de producción de postlarvas en la India. Vaseeharan (2003) reportó que en muestras de *P. monodon* tomadas de 9 laboratorios y 18 estanques de 1999 a 2002, 53% fueron positivas a WSSV. En muestras aleatorias tomadas en granjas durante 1999-2000, se reportó una detección positiva en 49.3% (Corsin, Thakur, Padiyar, Madhusudhan, Turnbull, Mohan, Hao & Morgan 2003; Thakur et al. 2002). En otro reporte, Umesha, Uma, Otta, Karunasagar & Karunasagar (2003) encontraron una incidencia de infección de 91% en muestras de laboratorios de producción de postarva y de 84% en muestras de estanques de cultivo. Además de la alta incidencia de WSSV, en muchas de las muestras tanto de laboratorios como de granjas se detectaron el baculovirus monodon (71% y 64%, respectivamente) y el parvovirus hepatopancreático (34% and 31%, respectivamente). Únicamente 8% de las muestras de laboratorios y 16% de las muestras de granjas fueron negativas a la detección de los 3 virus. Se han reportado otras infecciones múltiples de virus en *P. monodon* en la India (Madhavi, Janakiram, Jayasree & Murthy 2002; Otta, Karunasagar & Karunasagar 2003; Madhavi et al. 2002; Manivannan, Otta, Karunasagar & Karunasagar 2002). En otro reporte, Vaseeharan (2003) encontró una incidencia de WSSV de 23% en organismos silvestres de *P. monodon*, *P. indicus*, *Metapenaeus* sp., *Scylla serrata* y *Squilla mantis* en aguas costeras de la India. En Tailandia se ha encontrado una variación estacional en la incidencia de WSSV en *P. monodon* silvestre de 0-6% (enero-

mayo) y 6-18% el resto del año (Withyachumnarnkul, Boonsaeng, Chomsoong, Flegel, Muangsin & Nash 2003). En el primer reporte de incidencia de WSSV en Filipinas, Magbanua, Natividad, Migo, Alfafara, de la Pena, Miranda, Albaladejo, Nadala Jr., Loh & Mahilum-Tapay (2000) reportaron 64% de identificación positiva en las granjas de las islas mayores. En el hemisferio occidental, una población silvestre de *L. vannamei* de la costa de Panamá muestreada en 2000, fue positiva a la detección de WSSV (2%) e IHNV (28%) (Nunan, Arce, Staha & Lightner 2001). En Ecuador, se encontró una detección positiva de 2.3% en reproductores silvestres colectados en 7 diferentes localidades en julio de 2000 y de 13% en juveniles silvestres colectados en 1996 (Granda, Altbuch, Xu, Meehan & Alcivar-Warren 2001).

### **Opciones para el manejo de WSSV**

Aunque la presencia global de WSSV y otros virus indica que es necesario desarrollar linajes domésticos de camarón (Lotz 1997; Clifford 1999; Jory & Dixon 1999), lo cual constituye la mejor táctica para su control a largo plazo, la obtención inmediata de este objetivo no es práctica en muchas localidades. Por el momento, el manejo de WSSV puede diferir regionalmente, dependiendo de la disponibilidad de postlarvas completamente libres de virus. En tanto la regla fundamental es el sembrar solamente postlarvas libres de enfermedades, la información disponible señala que el tratamiento del fondo de los estanques es probablemente el segundo factor en importancia para prevenir la infección o reinfección. Si bien es importante poner atención a otras fuentes posibles de vectores (i.e., filtración de agua y tiempo de residencia, barreras físicas contra cangrejos, etc), la salud de las postlarvas y los reservorios de virus en el fondo de los estanques parecen ser los factores más críticos. Si no existe disponibilidad de postlarvas completamente libres de enfermedades, entonces no hay mayor opción que seleccionar ya sea reproductores o postlarvas con el menor grado de infección posible, teniendo así las mayores probabilidades de éxito en la cosecha. De ser posible, esto debiera realizarse a nivel regional, con la participación de la industria y el gobierno. A manera de ejemplo, Taiwan ha mantenido su

industria por muchos años mediante el monitoreo (PCR) de reproductores silvestres y de la progenie, aunque la reciente introducción de *L. vannamei* libre de WSSV de EUA ha abierto una nueva opción. Algunos científicos de Taiwan y Tailandia han reunido un cúmulo de información que ha permitido a los granjeros, mediante monitoreo por PCR de reproductores silvestres, huevos y larvas, excluir grupos de organismos con mayor riesgo y asegurar así cierto nivel de predicción de la cosecha. Lo anterior ha sido impulsado por la diseminación severa de WSSV en las poblaciones silvestres y en las granjas.

En una comparación de 27 estanques sembrados a una tasa de 40 organismos/m<sup>2</sup> en Taiwan, Peng et al. (2001) realizaron pruebas de detección de WSSV los primeros 30 días de cultivo y relacionaron los resultados de PCR con las producciones obtenidas. Encontraron que 5 de los 7 estanques (71.4%) que fueron negativos a WSSV continuaron el ciclo de cultivo exitosamente hasta la cosecha. En estanques donde menos del 50% de las muestras fueron positivas (6 de los 14 estanques, 42.9%), ninguno llegó al tiempo de cosecha sin haber experimentado mortalidades severas. En Tailandia, Withyachumnarnkul (1999) realizó pruebas de detección a postlarvas 13-15 que fueron sembradas en 188 estanques. Utilizando PCR de un solo paso, aparentemente no tan sensible como el PCR de procedimiento anidado empleado por Peng et al. (2001), y que por tanto pudo haber resultado en falsos negativos, Withyachumnarnkul reportó que de 43 estanques sembrados con postlarvas positivas a WSSV, 93.5% no llegó al tiempo de cosecha; 93 estanques que inicialmente fueron negativos a WSSV se registraron como positivos conforme avanzó el tiempo, colapsándose los cultivos en 47% de éstos antes de la cosecha; y 52 estanques permanecieron negativos a WSSV hasta la cosecha.

En otro estudio, Peng et al. (2001) utilizaron PCR de procedimiento anidado para examinar camarones reproductores y su progenie. Se analizaron hembras antes y después de la oviposición, así como los huevos y posteriormente los nauplios. Aquellas hembras positivas a WSSV antes de la oviposición tuvieron un alto porcentaje (75%) de huevos también

positivos a WSSV, de los cuales, a su vez, se produjeron nauplios con una incidencia de WSSV de nuevamente 75%. el 75% PCR de procedimiento. Además, en este grupo de hembras las oviposiciones fueron de baja calidad y a menudo murieron pocos días después. En hembras en las cuales se detectó positivamente WSSV únicamente después de la oviposición (se asume que el estrés ocasionado por la oviposición aumenta la replicación viral), solo el 50% de los huevos fueron positivos a WSSV, así como 44% de los nauplios a los que dieron origen. Todos los grupos de nauplios examinados tuvieron una incidencia de WSSV menor a 50%, lo cual resultó una herramienta útil para predecir el éxito de la engorda en estanques. En hembras que fueron negativas a WSSV antes y después de la oviposición, todos los huevos fueron negativos a WSSV, mientras que 14.3% de los nauplios que originaron fueron positivos a WSSV. Una vez más, los nauplios en este grupo tuvieron una incidencia de WSSV menor a 50%, con lo cual pudo predecirse un mejor desempeño de crecimiento en estanques. Peng et al. (2001) examinaron tres oviposiciones individuales, dándole seguimiento hasta la cosecha. La primera provino de una hembra que fue positiva a WSSV antes y después de la oviposición, de la cual más del 50% de los nauplios estaban infectados; la segunda oviposición provino de una hembra que fue positiva a WSSV únicamente después de la oviposición y produjo nauplios con una incidencia de infección menor a 50%; y la tercera provino de una hembra negativa a WSSV, de la cual se originaron nauplios también negativos a la detección del virus. Todos estos grupos de larvas se cultivaron de forma separada, sembrándolos en estanques individuales y dándoles seguimiento hasta la cosecha, durante la cual se observaron supervivencias de 19.3, 79.8 y 71.2%, respectivamente.

Los datos anteriores sugieren que se puede disminuir el riesgo de colapsos en los cultivos mediante el monitoreo (PCR) de los reproductores, huevos, larvas y postlarvas producidas. Sin embargo, la meta final debe centrarse en la obtención de linajes domésticos libres de enfermedades.

## Resumen de información nueva sobre el manejo de WSSV

Mucha información nueva en torno a la incidencia, severidad, infectividad y vectores potenciales de WSSV se ha publicado recientemente, la cual es de gran ayuda para la toma de decisiones en el manejo de esta enfermedad.

El WSSV se transmite fácilmente por ingestión de camarones infectados muertos, pero parece tener poca infectividad como consecuencia de la cohabitación. Soto & Lotz (2001) reportaron una tasa de transmisión del virus por ingestión de 0.46 y de solamente 0.01 como consecuencia de cohabitación en *L. vannamei*. Wu, Namikoshi, Nishizawa, Mushiake, Teruya & Muroga (2001) también demostraron que la ingestión de tejido infectado es altamente infectiva.

El WSSV es transferido en el camarón comercial congelado en todo el mundo (Nunan, Poulos & Lightner 1998; Durand et al. 2000) y se encuentra tanto en las cabezas como en las colas (Soto et al. 2000; Lightner, Tang-Nelson, Durand, Redman & Mohny 2001). Durand et al. (2000) muestrearon 10 lotes diferentes de colas de camarón importado (*P. monodon*) y les aplicaron pruebas de detección de WSSV y YHV. En 80% de las muestras se detectó WSSV mientras que YHV se detectó en 30%. Soto et al. (2000) desarrollaron estimaciones de coeficientes de transmisión de WSSV en camarón comercial. El reprocesamiento de camarón congelado importado en el país receptor es sin duda una forma de transferencia de un área geográfica a otra. Un muestra de camarón *L. vanamei* en venta al menudeo en EUA proveniente de Centroamérica resultó positiva a la prueba de detección de WSSV y se confirmó que infectó camarones vivos (Lightner 2001).

No es probable que el WSSV sea acarreado por aves. Vanpatten, Nunan, Poulos & Lightner (2004) reportaron que el WSSV y el YHV perdieron su infectividad a consecuencia de su paso por el tracto digestivo de aves, aunque otros virus como el IHNV y el TSV mantuvieron su infectividad (Flegel et al. 1995).

William A. Bray, Addison L. Lawrence, William R. More, Martín Pérez-Velázquez, Mayra L. González-Félix. 2004. Un Estudio de 366 Caso en el Manejo del Virus del Síndrome de la Mancha Blanca en una Granja de Centroamérica. In: Cruz Suárez, L.E., Ricque Marie, D., Nieto López, M.G., Villarreal, D., Scholz, U. y González, M. 2004. Avances en Nutrición Acuícola VII. Memorias del VII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. 16-19 Noviembre, 2004. Hermosillo, Sonora, México

Aparentemente, el WSSV no es transportado en la harina de cabeza de camarón derivada de organismos infectados con el virus, cuando se utiliza como un componente de alimentos balanceados para camarón. Utilizando harinas de cabeza de camarón cocida en agua y en seco, comercial, cruda y liofilizada, no fue posible transmitir el WSSV a ningún camarón (Pongmaneerat, Kasornchandra, Boonyaratpalin & Boonyaratpalin 2001).

El WSSV tampoco parece ser transmisible en quistes de *Artemia* o sus primeros estadios (Chang, Lo, Peng, Liu, Want & Kou 2002; Sahul Hameed, Murthi, Rasheed, Sathish, Yoganandhan, Murugan & Jayaraman 2002). Li, Zhang, Chen & Yang (2003) realizaron retos de transmisión vía oral en instars y adultos, siguiendo la presencia de WSSV en los quistes producidos y la progenie. Los instars, adultos y quistes fueron positivos a WSSV; sin embargo, el virus no se detectó en nauplios provenientes de quistes positivos. Los autores concluyeron que el WSSV o su ADN puede transmitirse verticalmente de instars positivos a los quistes, pero que este ADN es eliminado durante la eclosión. De forma similar, Chang et al. (2002), no pudieron detectar el WSSV en instars I derivados de quistes positivos al virus. Sahul Hameed et al. (2002) expusieron *Artemia* a WSSV por vía oral e inmersión. No se detectó positivamente WSSV en estos organismos, y los autores no lograron transmitir el virus a juveniles de *P. indicus* alimentándolos con ellos.

Además de las estrategias para excluir el WSSV, es importante considerar que muchas de las prácticas de manejo empleadas en este estudio, e.g., mantenimiento permanente de altos niveles de oxígeno disuelto, pH y alcalinidad moderados, etc., son importantes para limitar la incidencia de la enfermedad, aunque esto es difícil de cuantificar. Tsai, Kou, Liu, Liu, Chang, Peng, Hsu, Wang & Lo (1999) mostraron que un bajo nivel de estrés en los sistemas de cultivo se traduce en una menor incidencia y expresión de la enfermedad. Así mismo, Yu, Li, & Guan (2003) encontraron que *M. japonicus* era más susceptible a WSSV bajo condiciones de estrés salino debido a cambios en su respuesta inmune y que el



incrementar la salinidad inducía cambios en los conteos de hemocitos totales y la actividad de la enzima fenoloxidasas. Por otra parte, se ha observado que las temperaturas altas (e.g., 32 C) detienen el progreso de la enfermedad (esta correlación ha sido observada tanto en laboratorio como en granjas) pero que ésta progresa rápidamente al bajar la temperatura (Kondo, Itami & Takahashi 1992; Sung, Chang, Her, Chang & Song 1998; Vidal, Granja, Aranguren, Brock & Salazar 2001; Rodriguez, Bayot, Amano, Panchana, de Blas, Alday & Calderon 2003).

### **Posibles tratamientos terapéuticos y profilácticos para WSSV**

No tenemos conocimiento de ningún tratamiento o profiláctico disponible actualmente para combatir el WSSV. Sin embargo, existen algunas observaciones de resistencia parcial de camarones que han sobrevivido a la exposición al virus (Venegas, Nonaka, Mushiake, Nishizawa & Muroga 2000; Wu, Nishioka, Mori, Nishizawa & Muroga 2002). Tales observaciones han originado investigaciones encaminadas a una mejor comprensión de métodos profilácticos o tratamientos potenciales. De hecho, al parecer varios productos están a punto de ser comercializados, pero tomará algunos años antes de que puedan ser evaluadas las pruebas de campo y sus aplicaciones prácticas. Un extracto vegetal compuesto de cinco especies de plantas fue patentado recientemente en EUA y se prepara su distribución en Asia y Latinoamérica; se afirma su eficacia en la profilaxis y el tratamiento de infecciones existentes (Achuthankutty & Desai 2004). Otros reportes de resultados positivos en el tratamiento de la enfermedad en laboratorio incluyen el uso de betaglucanos dietéticos derivados de varias fuentes (Sung et al. 1996; Song, Liu, Chan & Sung 1997; Huang and Song 1999; Takahashi, Kondo, Itami, Honda, Inagawa, Nishizawa, Soma & Yokomizo 2000; Liu, Chen, Horng, Liu, Su & Liao 2001; Chang, Su, Chen & Liao 2003) y de fucoidan crudo extraído de *Sargassum polycystum* (Chotigeot, Tongsupa, Supamataya & Phongdara 2004). Finalmente, algunas vacunas de proteínas virales recombinantes parecen tener también un gran potencial (Van Hulten, Witteveldt, Snippe & Vlak 2001; Yi, Qian, Wang & Qi 2003; Zhang, Huang & Qin 2004; Namikoshi, Wu, William A. Bray, Addison L. Lawrence, William R. More, Martin Perez-Velazquez, Mayra L. González-Félix. 2004. Un Estudio de Caso en el Manejo del Virus del Síndrome de la Mancha Blanca en una Granja de Centroamérica. In: Cruz Suárez, L.E., Ricque Marie, D., Nieto López, M.G., Villarreal, D., Scholz, U. y González, M. 2004. Avances en Nutrición Acuícola VII. Memorias del VII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. 16-19 Noviembre, 2004. Hermosillo, Sonora, México

Yamashita, Nishizawa, Nishioka, Arimoto & Muroga 2004; Witteveldt, Cifuentes, Vlak & Van Hulten 2004; Dupuy, Bonami & Roch 2004).

## References

- Achuthankutty, C.T., and U.M. Desai. 2004. Treatment of white spot syndrome virus (WSSV) in penaeid shrimp culture. Proceedings of the National Seminar on New Frontiers in Marine Bioscience Research, Jan. 22-23, 2004, pp. 63-67.
- Boyd, C.E. 2002. Correct liming improves pond water, bottom quality. Global Aquaculture Advocate, Aug. 2002, pp. 58-59.
- Briggs, M. and S. Funge-Smith. 2003. The introduction of *Penaeus vannamei* and *P. stylirostris* into the Asia-Pacific Region. Presented at the International Workshop on International Mechanisms for the Control and Responsible Use of Alien Species in Aquatic Ecosystems, Xishangbanna, China, August 26-29, 2003 (to be published as an FAO Report).
- Corbel, V., L. Zuprizal, Z. Shi, C. Huang, L. Sumartono, J.-M. Arcier and J.-R. Bonami. 2001. Experimental infection of European crustaceans with white spot syndrome virus (WSSV). Journal of Fish Disease 24(7): 377-382.
- Chakraborty, A., S.K. Ota, B. Joseph, S. Kumar, Md. Shahadat, I. Hossain, I. Karunasagar, M.N. Venugopal and I. Karunasagar. 2002. Prevalence of white spot syndrome virus in wild crustaceans along the coast of India. Current Science 82(11): 1392-1397.
- Chang, P.-S., H.-C. Chen and Y.-C. Wang. 1998. Detection of white spot syndrome associated baculovirus in experimentally infected wild shrimp, crab and lobsters by *in situ* hybridization. Special Issue: Proceedings of the 2<sup>nd</sup> International Conference on the Culture of Penaeid Prawns and Shrimps, eds. E.T. Quinitio and J.H. Primavera. Aquaculture 164(1-4): 233-242.
- Chang, Y.-S., C.-F. Lo, S.-E. Peng, K.-F. Liu, C.-H. Want and G.-H. Kou. 2002. White spot syndrome virus (WSSV) PCR-positive *Artemia* cysts yield PCR-negative nauplii that fail to transmit WSSV when fed to shrimp postlarvae. Diseases of Aquatic Organisms 49(1):1-10.
- Chang, C., M. Su, H. Chen and I. Liao. 2003. Dietary beta-1,3glucan effectively improves immunity and survival of *Penaeus monodon* challenged with white spot syndrome virus. Fish and Shellfish Immunology 15(4): 297-310.
- Chen, L.-L., C.-F. Lo, Y.-L. Chiu, C.-F. Chang and G.-H. Kou. 2000. Natural and experimental infection of white spot syndrome virus (WSV) in benthic larvae of mud crab *Scylla serrata*. Diseases of Aquatic Organisms 40(2): 157-161.
- Chotigeat, W., S. Tongsupa, K. Supamataya and A. Phongdara. 2004. Effect of fucoidan on disease resistance of black tiger shrimp. Aquaculture 233(1-4): 23-30.
- Clifford, H.C. III. 1999. A review of diagnostic, biosecurity and management measures for the exclusion of white spot virus disease from shrimp culture systems in The Americas. In T. Cabrera, D. Jory and M. Silva, eds., Acuicultura '99, Vol. 1, pp.134-171. Congreso sur American de Acuicultura, Encuentro de Genetica, Puerto la Cruz (Venezuela), 17-20 Nov. 1999.
- Corbel, V., R. Zuprizal, Z. Shi, C. Huang, L. Sumartono, J.-M. Arcier, J.-R. Bonami. 2001. Experimental infection of European crustaceans with white spot syndrome virus (WSSV). Journal of Fish Disease 24(7): 377-382.
- Corsin, F., P.C. Thakur, P.A. Padiyar, M. Madhusudhan, J.F. Turnbull, C.V. Mohan, N.V. Hao, K.L. Morgan. 2003. Relationship between white spot syndrome virus and indicators of quality in *Penaeus monodon* postlarvae in Karnataka, India. Diseases of Aquatic Organisms 54 (2): 97-104.
- Dupuy, J.W., J.R. Bonami, and P. Roch. 2004. A synthetic antibacterial peptide from *Mytilus galloprovincialis* reduces mortality due to white spot syndrome virus in palaemonid shrimp. Journal of Fish Diseases 27(12): 735-742.
- William A. Bray, Addison L. Lawrence, William R. More, Martin Perez-Velazquez, Mayra L. González-Félix. 2004. Un Estudio de Caso en el Manejo del Virus del Síndrome de la Mancha Blanca en una Granja de Centroamérica. In: Cruz Suárez, L.E., Ricque Marie, D., Nieto López, M.G., Villarreal, D., Scholz, U. y González, M. 2004. Avances en Nutrición Acuícola VII. Memorias del VII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. 16-19 Noviembre, 2004. Hermosillo, Sonora, México

- of Fish Disease 27(1): 57.
- Durand, S.V., K.F.J. Tang and D.V. Lightner. 2000. Frozen commodity shrimp: potential avenue for introduction of white spot syndrome virus and yellow head virus. *Journal of Aquatic Animal Health* 12(2): 128-135.
- Flegel, T.W., D.F. Fegan and S. Sriurairatana. 1995. Environmental control of infectious shrimp diseases in Thailand. Pp. 65-69 in M. Shariff, J.R. Arthur, and R.P. Subasinghe, eds., *Diseases in Asian Aquaculture II: Proceedings of the 2<sup>nd</sup> Symposium on diseases in Asian Aquaculture, 25-29 Oct. 1993, Phuket, Thailand*. Fish Health Section, Asian Fisheries Society. Manila.
- Flegel, T.W., S. Boonyaratpalin, and B. Withyachumnarnkul. 1997. Progress in research on yellow-head virus and white spot virus in Thailand. In: T.W. Flegel and I.H. MacRae (Eds.), *Diseases in Asian Aquaculture III*, Fish Health Section, Asian Fisheries Society, Manila. Pp.285-295.
- Granda, L.A., J.A. Altbuch, Z. Xu, D.M. Meehan, A.A. Alcivar-Warren. 2001. Genetic diversity and prevalence of white spot virus (WSV) in wild *Litopenaeus vannamei* from Ecuador. *World Aquaculture Society Aquaculture 2001: Book of Abstracts*, p. 255.
- Grillo F., Manuel, D.M. Dugger and D.E. Jory. 2000. Zero exchange shrimp production success in WSSV-infected Panama. *Global Aquaculture Advocate:Dec. 2000*, pp. 55-56.
- Hao, N.V., D.T. Thuy, L.T.T. Loan, T.T. Phi, L.H. Phuoc, H.H.T. Duong, F. Corsin and P. Chanratchakool. 1999. Presence of two viral pathogens WSSV and MBV in three wild shrimp species (*Penaeus indicus*, *Metapenaeus ensis*, and *Metapenaeus lysianassa*) cultured in the mangrove forest of Ca Mau Province. *Journal of Asian Fisheries Science* 12(4): 309-325.
- Hossain, M.S., A. Chakraborty, B. Joseph, S.K. Otta, I. Karunasagar, and I. Karunasagar. 2001. Detection of new hosts for white spot syndrome virus of shrimp using nested polymerase chain reaction. *Aquaculture* 198(1-2): 1-11.
- Huang, C.-C. And Y.-L. Song. 1999. Maternal transmission of immunity to white spot syndrome associated virus (WSSV) in shrimp (*Penaeus monodon*). *Developmental and Comparative Immunology* 23(7-8): 545-552.
- Huang, C.H., L.R. Zhang, J.H. Zhang, L.C. Ziao, Q.J. Wu, D.H. Chen, and JKK Li. 2001. Purification and characterization of White Spot Syndrome Virus (WSSV) produced in an alternate host: crayfish, *Cambarus clarkii*.
- Jiravanichpaisal, P., E. Bangyeekhun, K. Soederhaell and I. Soederhaell. 2001. Purification and characterization of white spot syndrome virus (WSSV) produced in an alternate host: crayfish, *Cambarus clarkii*. *Diseases of Aquatic Organisms* 47(2): 151-157.
- Johnson, S.K. and S.L.S. Bueno. 2000. Health Management. pp. 239-257 in *Freshwater Prawn Culture*.
- Jory, D.E. and H.M. Dixon. 1999. Shrimp white spot virus in the Western Hemisphere. *Aquaculture Magazine*, May-June 1999, p. 83.
- Kanchanaphum, P., C. Wongteerasupaya, N. Sitidilokratana, V. Boonsaeng, S. Panyim, A. Tassanakajon, B. Withyachumnarnkul, and T.W. Flegel. 1998. *Dis. Aquat. Org.* 34(1):1-7.
- Kim, C.-K., P.-K. Kim, S.-G. Sohn, D.-S. Sim, M.-A. Park, M.-S. Heo, T.-H. Lee, J.-D. Lee, H.-K. Jun, and K.-L. Jang. 1998. Development of a polymerase chain reaction (PCR) procedure for the detection of baculovirus associated with white spot syndrome (WSBV) in penaeid shrimp. *Journal of Fish Disease* 21(1): 11-17.
- Kondo, M., T. Itami and Y. Takahashi. 1992. The phenoloxidase activity in prawn hemocytes. *Gyobyo Kenkyu* 27: 185-189.
- Laramore, S.E. 2002. Pathogenicity of white spot syndrome virus to the ornamental shrimp, *Lysmata wurdemanni*. 4<sup>th</sup> International Symposium on Aquatic Animal Health, New Orleans, LA, USA, 2-6 Sept. 2002.
- Li, G., J. Zhang, Y. Chen and F. Yang. 2003. White spot syndrome virus (WSSV) infectivity for *Artemia* at different developmental stages. *Diseases of Aquatic Organisms* 57(3):261-264.
- Lightner, D.V. 2001. The penaeid shrimp viruses TSV, IHNV, WSSV, and YHV: current status in the Americas, available diagnostic methods and management strategies. In, C. Lim and C.D. Webster, Eds., *Nutrition and Fish Health*, pp. 79-102, Food Products Press, Binghamton, NY USA.
- William A. Bray, Addison L. Lawrence, William R. More, Martin Perez-Velazquez, Mayra L. González-Félix. 2004. Un Estudio de 370 Caso en el Manejo del Virus del Síndrome de la Mancha Blanca en una Granja de Centroamérica. In: Cruz Suárez, L.E., Rique Marie, D., Nieto López, M.G., Villarreal, D., Scholz, U. y González, M. 2004. Avances en Nutrición Acuícola VII. Memorias del VII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. 16-19 Noviembre, 2004. Hermosillo, Sonora, México

- Lightner, D.V. 2001. Research activities at the University of Arizona (UAZ). (abstract) World Aquaculture Society 2001 Book of Abstracts:p.375.
- Lightner, D.V., K. Tang-Nelson, S.V. Durand, R.M. Redman and L.L. Mohney. 2001. Qualitative and quantitative studies on the relative virus load of tails and heads of shrimp acutely infected with WSSV (white spot syndrome virus). Aquaculture 2001: Book of Abstracts, P. 274, World Aquaculture Society, 21-25 Jan., Buena Vista, FL USA.
- Liu, K.-F, T.-I. Chen, K.L. Horng, H.-M. Liu, M.-S. Su and I.C. Liao. 2001. Treatment of beta -1,3-glucan increases resistance of giant tiger prawn larvae to WSSV. 6<sup>th</sup> Asian Fisheries Forum, Kaohsiung (Taiwan) 25-30 Nov 2001, 6<sup>th</sup> Asian Fisheries Forum Book of Abstracts, p. 156.
- Liu, L.-C., B. Chung and C. Su. 2001. SPF culturing strategy of *L. vannamei* on small scale, non-integrated farms: successful cases report in Taiwan and China. 6<sup>th</sup> Asian Fisheries Forum, Kaohsiung (Taiwan) 25-30 Nov 2001, 6<sup>th</sup> Asian Fisheries Forum Book of Abstracts, p. 231.
- Lo, C.-F., C.-H. Ho, S.-E. Peng, C.-H. Chen, H.-C. Hsu, Y.-L. Chiu, C.-F. Chang, K.-F. Liu, M.-S. Su, C.-H. Wang, and G.-H. Kou. 1996. White spot syndrome baculovirus (WSBV) detected in cultured and captured shrimp, crabs, and other arthropods. Diseases of Aquatic Organisms 27: 215-225.
- Lo, C.-F., C.-H. Ho, C.-H. Chen, K.-F. Liu, Y.-L. Chiu, P.-Y. Yeh, S.-E. Peng, H.-C. Hsu, H.-C. Liu, C.-F. Chang, M.-S. Su, C.-H. Wang and G.-H. Kou. 1997. Detection and tissue tropism of white spot syndrome baculovirus (WSBV) in captured brooders of *Penaeus monodon* with a special emphasis on reproductive organs. Diseases of Aquatic Organisms 30: 53-72.
- Lo, C.-F., S.-E. Peng and G.-H. Kou. 1998. PCR screening for white spot syndrome virus (WSSV) in *Penaeus monodon* brooders: a general effort to combat shrimp WSS. In I.C. Liao and J. Bakers (Eds.), Aquaculture and Fisheries Management. Conference Proceedings. Taiwan Fisheries Research Institute no. 4 pp 63-72.
- Lotz, J.M. 1997. Viruses, biosecurity and specific pathogen-free stocks in shrimp aquaculture. World Journal of Microbiology and Biotechnology 13(4): 405-413.
- Madhavi, R., P. Janakiram, L. Jayasree, and P.S.N. Murthy. 2002. Occurrence of concurrent infections with multiple viruses in *Penaeus monodon* from culture ponds of north coastal Andhra Pradesh. Current Science 82(11): 1397-1400.
- Maeda, M., J. Kasornchandra, T. Itami, N. Suzuki, O. Hennig, M. Kondo, J.D. Albaladejo, and Y. Takahashi. 1998. Effect of various treatments of white spot syndrome virus (WSSV) from *Penaeus japonicus* (Japan) and *P. monodon* (Thailand) Fish Pathology 33(4): 381-387.
- Maeda, M., T. Itami, E. Mizuki, R. Tanaka, Y. Yoshizu, K. Doi, C. Yasunaga-Aoki, Y. Takahashi, and T. Kawarabata. 2000. Red swamp crawfish (*Procambarus clarkii*): An alternative experimental host in the study of white spot syndrome virus. Acta Virologica. 44(6): 371-374.
- Magbanua, F.O., K.T. Natividad, V.P. Migo, C.G. Alfara, F.O. de la Pena, R.O. Miranda, J.D. Albaladejo, E.C.B. Nadala Jr., P.C. Loh and L. Mahilum-Tapay. 2000. White spot syndrome virus (WSSV) in cultured *Penaeus monodon* in the Philippines. Diseases of Aquatic Organisms 42(1): 77-82.
- Manivannan, S., S.K. Otta, I. Karunasagar and I. Karunasagar. 2002. Multiple viral infection in *Penaeus monodon* shrimp postlarvae in an Indian hatchery. Diseases of Aquatic Organisms 48(3): 233-236.
- Mazid, M.A. and A.N.H. Banu. 2002. An overview of the social and economic impact and management of fish and shrimp disease in Bangladesh, with an emphasis on small-scale aquaculture. Primary aquatic animal health care in rural, small-scale aquaculture development. Technical proceedings of the Asia Regional scooping workshop, Dhaka, Bangladesh, 27-30 September 1999. FAO Fish. Tech. Pap. No. 406, pp. 21-25.
- Momoyama, K., M. Hiraoka, H. Nakano and M. Sameshima. 1998. Cryopreservation of penaeid rod-shaped DNA virus (PRDV) and its survival in sea water at different temperatures. Fish Pathology 33(2): 95-96.
- Nair, M.R. 2000. History and present status of white spot baculovirus (WSBV) and other shrimp diseases in India. Journal of the World Aquaculture Society 31(2): 10-13.
- Namikoshi, A., J.L. Wu, T. Yamashita, T. Nishizawa, T. Nishioka, M. Arimoto and K. Muroga. Vaccination trials with *Penaeus japonicus* to induce resistance to white spot syndrome virus. Aquaculture 229(1-William A. Bray, Addison L. Lawrence, William R. More, Martin Perez-Velazquez, Mayra L. González-Félix. 2004. Un Estudio de 371 Caso en el Manejo del Virus del Síndrome de la Mancha Blanca en una Granja de Centroamérica. In: Cruz Suárez, L.E., Ricque Marie, D., Nieto López, M.G., Villarreal, D., Scholz, U. y González, M. 2004. Avances en Nutrición Acuicola VII. Memorias del VII Simposium Internacional de Nutrición Acuicola. 16-19 Noviembre, 2004. Hermosillo, Sonora, México

- 4): 25-35.
- Nunan, L.M., B.T. Poulos and D.V. Lightner. 1998. The detection of white spot syndrome virus (WSSV) and yellow head virus (YHV) in imported commodity shrimp. *Aquaculture* 160(1-2): 19-30.
- Nunan, L.M., B.B. Poulos and D.V. Lightner. 1998. Reverse transcription polymerase chain reaction (RT-PCR) used for the detection of Taura Syndrome Virus in experimentally infected shrimp. *Diseases of Aquatic Organisms* 34(2): 87-91.
- Nunan, L.M., S.M. Arce, R.J. Staha and D.V. Lightner. 2001. Prevalence of infectious hypodermal and hematopoietic necrosis virus (IHNV) and white spot syndrome virus (WSSV) in *Litopenaeus vannamei* in the Pacific Ocean off the coast of Panama. *Journal of the World Aquaculture Society* 32(3):330-334.
- Otta, S.K., I Karunasagar, and I. Karunasagar. 2003. Detection of monodon baculovirus and white spot syndrome virus in apparently healthy *Penaeus monodon* postlarvae from India by polymerase chain reaction. *Aquaculture* 220(1-4):59-67.
- Peng, S.-E., C.-F. Lo, S.-C. Lin, L.-L. Chen, Y.-S. Chang, K.-F. Liu, M.-S. Su and G.-H. Kou. 2001. Performance of WSSV-infected and WSSV-negative *Penaeus monodon* postlarvae in culture ponds. *Diseases of Aquatic Organisms* 46:165-172.
- Pongmaneerat, J., J. Kasornchandra, S. Boonyaratpalin and M. Boonyaratpalin. 2001. Effect of dietary shrimp head meal contaminated with white spot syndrome virus (WSSV) on detection of WSSV in black tiger shrimp (*Penaeus monodon* Fabricius). *Aquaculture Research* 32(1): 383-387.
- Pramod Kiran, R.B., K.V. Rajendran, S.J. Jung, and M.J. Oh. 2002. Experimental susceptibility of different life-stages of the giant freshwater prawn, *Macrobrachium rosenbergii* (de Man), to white spot syndrome virus (WSSV). *Journal of Fish Disease* 25(4): 201-208.
- Prior, S. and C.L. Browdy. 2000. Postmortem persistence of white spot and taura syndrome viruses in water and tissue. Book of Abstracts, p. 402. World Aquaculture Society, U.S. Chapter annual conference, 2-5 Feb., New Orleans, U.S.
- Qingyin, W., and K. Jie. 2002. Genetic advances with fleshy shrimp in China. *Global Aquaculture Advocate*, pp. 51-52, Dec. 2002.
- Rajendran, K.V., K.K. Vijayan, T.C. Santiago and R.M. Krol. 1999. Experimental host range and histopathology of white spot syndrome virus (WSSV) infection in shrimp, prawns, crabs and lobsters from India. *Journal of Fish Disease* 22(3):183-191.
- Rodriguez, J, B. Bayot, Y. Amano, F. Panchana, I. de Blas, V. Alday and J. Calderon. 2003. White spot syndrome virus infection in cultured *Penaeus vannamei* (Boone) I Ecuador with emphasis on histopathology and ultrastructure. *Journal of Fish Disease* 26(8):439-450.
- Sahul Hameed, A.S. 2001. White spot syndrome virus (WSSV) in two species of freshwater crabs (*Paratelphusa hydrodomous* and *P. pulvinata*). *Aquaculture* 201(3-4):179-186.
- Sahul Hameed, A.S., M.X. Charles and M. Anilkumar. 2000. Tolerance of *Macrobrachium rosenbergii* to white spot syndrome virus. *Aquaculture* 183(3-4):207-213.
- Sahul Hameed, A.S., B.L.M. Murthi, M. Rasheed, S. Sathish, K. Yoganandhan, V. Murugan, and K. Jayaraman. 2002. An investigation of *Artemia* as a possible vector for white spot syndrome virus (WSSV) transmission to *Penaeus indicus*. *Aquaculture* 204(1-2):1-10.
- Shi, Z., C. Huang, J. Zhang, D. Chen and J.R. Bonami. 2000. White spot syndrome virus (WSSV) experimental infection of the freshwater crayfish, *Cherax quadricarinatus*. *Journal of Fish Disease* 23(4): 285-288.
- Song, Y.-L., J.-J. Liu, L.-C. Chan and H.-H. Sung. 1997. Glucan-induced disease resistance in tiger shrimp (*Penaeus monodon*). In: R. Gudding, A. Lillehaug, P.J. Midtlyng, and F. Brown, eds., *Fish Vaccinology. Developments in biological standardization*. Basel:Karger, 90: 335-343.
- Soto, M.A., V.R. Shervette and J.M. Lotz. 2000. Transmission of white spot syndrome virus (WSSV) to *Litopenaeus vannamei* from infected cephalothorax, abdomen, or whole shrimp cadaver. *Diseases of Aquatic Organisms* 45(2): 81-87.
- Soto, M.A. and J.M. Lotz. 2001. Epidemiological parameters of white spot syndrome virus infections in *Litopenaeus vannamei* and *L. setiferus*. *Journal of Invertebrate Pathology* 78(1): 9-15.
- William A. Bray, Addison L. Lawrence, William R. More, Martin Perez-Velazquez, Mayra L. González-Félix. 2004. Un Estudio de Caso en el Manejo del Virus del Síndrome de la Mancha Blanca en una Granja de Centroamérica. In: Cruz Suárez, L.E., Ricque Marie, D., Nieto López, M.G., Villarreal, D., Scholz, U. y González, M. 2004. Avances en Nutrición Acuicola VII. Memorias del VII Simposium Internacional de Nutrición Acuicola. 16-19 Noviembre, 2004. Hermosillo, Sonora, México

- Soto, M.A., V.R. Shevetter, and J.M. Lotz. 2001. Susceptibility of *Litopenaeus vannamei*, *Farfantepenaeus duorarum*, to White Spot Syndrome Virus (WSSV) and infection of *Menippe adina* with WSSV. Proceedings of the Fifty-Third Annual Gulf and Caribbean Fisheries Institute. Proceedings of the Gulf & Caribbean Fisheries Institute 53: 38-45.
- Sung, H.-H., G.-H. Kou and Y.-L. Song. 1996. Vibriosis resistance induced by glucan treatment in tiger shrimp (*Penaeus monodon*). Fish Pathology 29: 11-17.
- Sung, H.-H., H.-J. Chang, C.-H. Her, J.-C. Chang and Y.-L. Song. 1998. Phenoloxidase activity of hemocytes derived from *Penaeus monodon* and *Macrobrachium rosenbergii*. Journal of Invertebrate Pathology 71: 26-33.
- Supamattaya, K., R.W. Hoffmann, S. Boonyaratpalin and P. Kanchanaphum. 1998. Experimental transmission of white spot syndrome virus (WSSV) from black tiger shrimp *Penaeus monodon* to the sand crab *Portunus pelagicus*, mud crab *Scylla serrata* and krill *Acetes sp.* Diseases of Aquatic Organisms 32(2): 79-85.
- Takahashi, Y., M. Kondo, T. Itami, T. Honda, H. Inagawa, T. Nishizawa, G. Soma and Y. Yokomizo. 2000. Enhancement of disease resistance against penaeid acute viraemia and induction of virus-inactivating activity in haemolymph of kuruma shrimp, *Penaeus japonicus*, by oral administration of *Pantoea agglomerans* lipopolysaccharide (LPS). Fish & Shellfish Immunology 10(6): 555-558.
- Thakur, P.C., F. Corsin, J.F. Turnbull, K.M. Shankar, N.V. Hao, P.A. Padiyar, M. Madhusudhan, K.L. Morgan, and C.V. Mohan. 2002. Estimation of prevalence of white spot syndrome virus (WSSV) by polymerase chain reaction in *Penaeus monodon* postlarvae at time of stocking in shrimp farms of Karnataka, India: a population-based study. Diseases of Aquatic Organisms 49(3): 235-243.
- Tsai, M.-F., G.-H. Kou, H.-C. Liu, K.-F. Liu, C.-F. Chang, S.-E. Peng, H.-C. Hsu, C.-H. Wang and C.-F. Lo. 1999. Long-term presence of white spot syndrome virus (WSSV) in a cultivated shrimp population without disease outbreaks. Diseases of Aquatic Organisms 38(2): 107-114.
- Umesha, R.K., A. Uma, S.K. Otta, I. Karunasagar, and I. Karunasagar. 2003. Detection by PCR of hepatopancreatic parvovirus (HPV) and other viruses in hatchery-reared *Penaeus monodon* postlarvae. Diseases of Aquatic Organisms 57(1-2): 141-146.
- Vanpatten, Kristie A., L.M. Nunan, B.T. Poulos and D.V. Lightner. 2004. Birds as a mechanism of viral transmission of WSSV, TSV, YHV and IHHNV: infectivity studies in *Litopenaeus vannamei*. (Abstract) World Aquaculture Society Aquaculture 2004, Honolulu, HI, USA. Book of Abstracts: p.608.
- Van Hulten, M.C., J. Witteveldt, M. Snippe and J.M. Vlak. White spot syndrome virus envelope protein VP28 is involved in the systemic infection of shrimp. Virology 285(2): 228-233.
- Vaseeharan, B., R. Jayakumar and P. Ramasamy. 2003. PCR-based detection of white spot syndrome virus in cultured and captured crustaceans in India. Letters in Applied Microbiology 37(6): 443-447.
- Venegas, C.A., L. Nonaka, K. Mushiake, T. Nishizawa, K. Muroga. 2000. Quasi-immune response of *Penaeus japonicus* to penaeid rod-shaped DNA virus (PRDV). Diseases of Aquatic Organisms 42(2): 83-89.
- Vidal, O.M., C.B. Granja, F. Aranguren, J.A. Brock and M. Salazar. 2001. A profound effect of hyperthermia on survival of *Litopenaeus vannamei* juveniles infected with white spot syndrome virus. Journal of the World Aquaculture Society 32(4): 364-372.
- Withyachumnarnkul, B. 1999. Results from black tiger shrimp *Penaeus monodon* culture ponds stocked with postlarvae PCR-positive or -negative for white-spot virus (WSSV). Diseases of Aquatic Organisms 39: 21-27.
- Withyachumnarnkul, B., V. Boonsaeng, R. Chomsoong, T.W. Flegel, S. Muangsin, and G.L. Nash. 2003. Seasonal variation in white spot syndrome virus-positive samples in broodstock and post-larvae of *Penaeus monodon* in Thailand. Diseases of Aquatic Organisms 53(2): 167-171.
- Witteveldt, J., C.C. Cifuentes, J.M. Vlak and M.C.W. Van Hulten. 2004. Protection of *Penaeus monodon* against white spot syndrome virus by oral vaccination. Journal of Virology 78(4): 2057-2061.
- Wongteerasupaya, C., W. Tongchuea, V. Boonsaeng, S. Panyim, A. Tassanakajon, B. Withyachumnarnkul and T.W. Flegel. 1997. Detection of yellow-head virus (YHV) of *Penaeus monodon* by RT-PCR
- William A. Bray, Addison L. Lawrence, William R. More, Martin Perez-Velazquez, Mayra L. González-Félix. 2004. Un Estudio de 373 Caso en el Manejo del Virus del Síndrome de la Mancha Blanca en una Granja de Centroamérica. In: Cruz Suárez, L.E., Ricque Marie, D., Nieto López, M.G., Villarreal, D., Scholz, U. y González, M. 2004. Avances en Nutrición Acuícola VII. Memorias del VII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. 16-19 Noviembre, 2004. Hermosillo, Sonora, México

- amplification. *Diseases of Aquatic Organisms* 31(3): 181-186.
- Wu, J.L., A. Namikoshi, T. Nishizawa, K. Mushiake, K. Teruya and K. Muroga. 2001. Effects of shrimp density on transmission of penaeid acute viremia in *Penaeus japonicus* by cannibalism and the waterborne route. *Diseases of Aquatic Organisms* 47(2): 129-135.
- Wu, J.L., T. Nishioka, K. Mori, T. Nishizawa and K. Muroga. 2002. A time-course study on the resistance of *Penaeus japonicus* induced by artificial infection with white spot syndrome virus. *Fish & Shellfish Immunology* 13(5): 391-403.
- Yan, D.-C., Dong, S.L., Huang, J, X.-M. Yu, M.-Y. Feng and X-Y Liu. 2004. White spot syndrome virus (WSSV) detected by PCR in rotifers and rotifer resting eggs from shrimp pond sediments. *Diseases of Aquatic Organisms* 59(1): 69-73.
- Yi, G., J. Qian, Z. Wang and Y. Qi. 2003. A phage-displayed peptide can inhibit infection by white spot syndrome virus of shrimp. *Journal of General Virology* 83(9): 2545-2553.
- Yu, Z., C. Li, and Y. Guan. 2003. Effect of salinity on the immune responses and outbreak of white spot syndrome in the shrimp *Marsupenaeus japonicus*. *Ophelia* 57(2): 99-106.
- Zhang, X., C. Huang, and Q. Qin. 2004. Antiviral properties of hemocyanin isolated from shrimp *Penaeus monodon*. *Antiviral Research* 61(2): 93-99.
- Zhu, J. and C. Lu. 2001. Characterization of shrimp white spot syndrome virus (WSSV) infection in *Procambarus clarkii*. *Journal of Fisheries of China/Shuichan Xuebao (Shanghai)*: 25(1): 47-51.